UNIVERSITE DE STRASBOURG FACULTÉ DE PHARMACIE

ANNÉE SCOLAIRE 1941-1942 N° 291

Contribution à l'Étude d'une TEIGNE ANIMALE

THÈSE

présentée et soutenue publiquement le 20 Avril 1942
à la Faculté de Pharmacie de Strasbourg
pour obtenir le grade de Docteur de l'Université
(Mention Pharmacie)

par

EL DABH Sabry Garas

Pharmacien

Examinateurs de la Thèse : M. A. SARTORY, Doyen, Président
M. Ch. LAPP, Professeur
M. P. CORDIER, Professeur
} Juges

IMPRIMERIE
GÉNÉRALE
Jean de Bussac
2, Cours Sablon,
Clermont-Fd

1941

UNIVERSITE DE STRASBOURG — FACULTE DE PHARMACIE

ANNÉE SCOLAIRE 1941-1942 — N° 291

Contribution à l'Étude d'une TEIGNE ANIMALE

THÈSE

présentée et soutenue publiquement le 20 Avril 1942
à la Faculté de Pharmacie de Strasbourg
pour obtenir le grade de Docteur de l'Université
(Mention Pharmacie)

par

EL DABH Sabry Garas
Pharmacien

Examinateurs de la Thèse : M. A. SARTORY. Doyen, Président ; M. Ch. LAPP, Professeur ; M. P. CORDIER, Professeur — Juges

IMPRIMERIE
GÉNÉRALE
Jean de Bussac
2, Cours Sablon,
Clermont-Fd

UNIVERSITÉ DE STRASBOURG

FACULTÉ DE PHARMACIE

ADMINISTRATION

MM. A. SARTORY, *Doyen*, C. ❋, I. ✪, C. ❀
VOLMAR, *Assesseur*, ❋, I. ✪.
MARANDON, *Secrétaire*, ❋ ⚜, ❀, ✪.

DOYEN HONORAIRE

M. JADIN, O. ❋, I. ✪, ❀.

PROFESSEURS

MM.	A. SARTORY, C. ❋, I. ✪, C. ❀	Bactériologie.
	LAVIALLE, ❋, I. ✪, ❀	Botanique
	VOLMAR, ❋, I. ✪	Chimie organique.
	GUILLAUME, ❋, ⚜, I. ✪, ❀	Pharmacie galénique.
	LAPP, I. ✪	Chimie analytique.
	CORDIER, ✪	Pharmacie chimique.
	R. SARTORY, ✪, ❀	Matière médicale.

MAITRE DE CONFÉRENCE

M.	DUQUENOIS	Toxicologie.

PROFESSEUR HONORAIRE

M. JADIN, O. ❋, I. ✪, ❀.

COURS COMPLÉMENTAIRES

MM.	A. SARTORY	Hygiène.
	LAVIALLE	Hydrologie.
	VOLMAR	Chimie minérale.
	GUILLAUME	Zoologie
	LAPP	Physique
	PRÉLOT	Législation et Déontologie.
	CORDIER	Chimie biologique.
	R. SARTORY	Cryptogamie.
	Mme LALLEMAND, ✪	Pharmacodynamie

CHEFS DE TRAVAUX PRATIQUES

MM.	COLLARD, ⚜, I. ✪	Chimie pharmaceutique.
	Mme LALLEMAND, ✪	Chimie et Physique.
	JÆGER	Histoire naturelle.
	LEDOUX	Bactériologie et Parasitologie

A MON PÈRE

A MA MÈRE

Je dédie ce modeste travail, faible gage de ma reconnaissance et de mon affection filiale qui dépassent toutes mes paroles.

A MES SŒURS

A MES FRÈRES

Avec l'expression de ma grande affection.

A TOUTE MA FAMILLE

A TOUS CEUX QUI ME SONT CHERS

En gage de ma reconnaissance d'une amitié profonde et durable.

A mon Maître et Président de Thèse :

MONSIEUR A. SARTORY

Doyen de la Faculté de Pharmacie de Strasbourg
Professeur de Bactériologie
à la Faculté de Pharmacie de l'Université de Strasbourg
Commandeur de la Légion d'Honneur

Expression de ma gratitude entière, admiration déférente et parfait dévouement.

A mes Juges :

MONSIEUR LE PROFESSEUR CH. LAPP

Professeur de Chimie Analytique et de Toxicologie
de la Faculté de Pharmacie de Strasbourg

Témoignage de mon respect et de ma reconnaissance.

MONSIEUR LE PROFESSEUR P. CORDIER

Professeur de Pharmacie chimique
de la Faculté de Pharmacie de Strasbourg

Hommage de profonde gratitude.

AVANT-PROPOS

Avant d'entrer dans l'exposé de nos recherches, qu'il nous soit permis d'adresser l'expression de notre profonde et respectueuse reconnaissance à notre Maître, Monsieur le Doyen A. Sartory, qui a bien voulu nous accueillir dans son laboratoire pour l'élaboration de notre thèse. Nous n'oublierons jamais l'intérêt qu'il a bien voulu nous témoigner et l'aide précieuse qu'il nous a apportée par ses conseils éclairés qu'il nous a toujours prodigués avec beaucoup de bienveillance et de sollicitude.

Nous tenons à exprimer nos sentiments de gratitude à Monsieur le Professeur Lapp et à Monsieur le Professeur P. Cordier qui nous ont fait l'honneur de bien vouloir siéger dans notre jury de thèse.

Nous ne voudrions pas oublier Monsieur Ledoux qui a eu l'amabilité de s'intéresser à notre travail, ni Monsieur Wurtz que nous tenons à remercier de tout cœur pour les conseils qu'il nous a dispensés durant l'année et qui nous ont permis de mener à bien notre tâche.

C'est une très grande joie pour nous de pouvoir adresser un hommage de respectueuse reconnaissance à tous nos maîtres dévoués, l'enseignement qu'ils nous ont donné avec une haute compétence nous a fait connaître et aimer le travail scientifique.

Enfin, notre sympathie va à tous nos amis et camarades Français et Egyptiens en souvenir des bonnes années passées ensemble à la Faculté de Strasbourg.

INTRODUCTION

Les Teignes forment un groupe assez vaste de microorganismes, vivant en parasite sur l'homme et les animaux. Chez l'homme, ils affectionnent particulièrement le cuir chevelu, quoique certains de ces champignons vivent au niveau d'autres parties du corps où ils provoquent des lésions d'aspect varié. Tous cependant présentent le caractère commun de vivre en surface, et d'attaquer soit les poils, l'épiderme ou le derme, d'où le nom de Dermatophytes, qu'on leur a encore donné. Ils parasitent de même les animaux et c'est précisément un cas de Teigne prélevée sur un chien, que nous nous proposons d'étudier dans le présent travail.

Les Teignes humaines ont fait l'objet de très nombreuses recherches et depuis les conclusions magistrales de Sabouraud, il semble qu'il reste bien peu de chose à ajouter à leur étude, notamment si l'on se place au point de vue pratique du diagnostic et du traitement de ces affections.

Il n'en est peut-être pas de même pour les Teignes animales en raison du grand nombre d'espèces que le chercheur est amené à rencontrer. Beaucoup d'entre elles ont été parfaitement étudiées, notamment en ce qui concerne leur morphologie, leur position dans la systématique des champignons, leur traitement ; nous n'en voulons pour preuve que les travaux de notre Maître, M. le Doyen Sartory qui a attaché son nom à la description de plusieurs espèces de Trichophyton.

Il n'en reste pas moins que beaucoup de ces organismes n'ont pas encore retenu l'intérêt autant qu'ils le mériteraient. Certains sont susceptibles de se transmettre à l'Homme. Mais même sans envisager cette éventualité, les affections qu'ils causent aux animaux domestiques

doivent inciter l'Homme à les en débarrasser. Enfin, abandonnant tout point de vue spéculatif, le microbiologiste ne pourra manquer de s'intéresser à l'étude d'un organisme dont tous les caractères morphologiques et surtout biologiques n'ont pas encore été indiqués.

Ce sont ces considérations qui nous ont guidé, au cours de notre travail. Après avoir indiqué rapidement dans la première partie l'historique de la question des champignons des Teignes, nous consacrons la deuxième partie du présent travail à l'étude de la morphologie et de la biologie d'une teigne isolée des poils parasités d'un chien. La première difficulté que nous avons rencontrée a été d'identifier et d'assigner une place dans la classification, à la Teigne que nous voulions étudier.

Dans un premier chapitre nous indiquons les méthodes d'isolement et de culture du champignon.

Dans un deuxième chapitre nous décrivons ses caractères morphologiques sur les divers milieux de culture essayés.

Dans un troisième chapitre, nous étudions la biologie du microorganisme, les particularités de sa reproduction, ses conditions de vie.

La troisième partie enfin, comporte l'étude biochimique, qui à notre connaissance, n'a pas encore été entreprise jusqu'ici, de ce Dermatophyte.

Un premier chapitre a été consacré à l'action du champignon sur les glucides et les protides.

Un deuxième chapitre a été consacré à l'action des antiseptiques sur le champignon.

Dans le troisième et dernier chapitre, en tenant compte de tous les caractères morphologiques et biologiques précédemment énumérés et en nous basant sur la réaction de la sporo-agglutination, nous avons été amené à classer notre champignon dans le groupe des Closterosporées.

Nous avons essayé de reproduire les lésions observées sur le chien, en transmettant la maladie au cobaye. L'examen microscopique du poil a montré un aspect identique à celui des poils parasités du chien ; nous avons pu mettre ainsi en évidence le pouvoir de notre champignon.

Nous exposons enfin le résumé de tous ces résultats dans la conclusion.

PREMIERE PARTIE

HISTORIQUE DES TEIGNES

La découverte de la nature mycosique de la muscardine épidémique des vers à soie par Bassi a amené un grand nombre d'auteurs à penser que beaucoup d'autres maladies relevaient de parasites cryptogamiques. Des recherches furent effectuées un peu partout : en Allemagne, en France, en Suède.

Il faut tout d'abord considérer les travaux de Remak C'est lui, qui le premier, en 1837, a observé que le favus était constitué par un amas de filaments de moisissures.

Il faut noter aussi ceux de Schönlein (1) qui a démontré la nature végétale des soi-disant « pustules sèches » du favus. Cette découverte entraînera de nombreuses discussions de la part de contradicteurs. Schönlein trouvera des appuis parmi ses élèves : Remak, Fuchs, Langenbeck. Un de ses adversaires les plus bruyants fut Henle qui ne voulut voir dans ces formations mycéliennes qu'une impureté.

Une date est à retenir : 1841. Elle marque l'ère moderne de l'histoire des teignes cryptogamiques. C'est à cette date que Gruby a publié son premier mémoire à l'Académie des Sciences « sur une végétation qui constitue la vraie teigne ». Comme le dit Sabouraud, c'est Gruby qui découvrit l'origine mycosique de toutes les teignes humaines. C'est à ce moment aussi qu'il trouve le muguet : *Oïdium albicans* = *Endomyces albicans Vuillemin*.

Au sujet des teignes, il montre l'insuffisance des caractères cliniques. « Pour reconnaître la vraie teigne, on n'a qu'à la soumettre au microscope ». Si l'on examine à un grossissement de 300 diamètres une parcelle de godet,

que l'on a préalablement délayée dans l'eau, on voit des quantités d'articles ronds ou oblongs de 3 à 10 μ de long sur 3 à 6 μ de large « transparents, à bords nets, et aussi de petits filaments articulés de 1 à 2,5 μ, cylindriques et ramifiés, composés d'articles en chapelet, séparés par des cloisons. On pense pouvoir affirmer qu'ils sont de nature végétale. Ils constituent un véritable caractère différentiel de cette maladie».

Gruby décrit avec précision le godet favique et l'envahissement parasitaire du follicule sans mentionner l'envahissement parasitaire du cheveu. Une lutte assez âpre s'engage entre les différents auteurs, car on semble avoir oublié Schönlein et ses élèves : Remak, Fuchs et Langenbeck. C'est dans le *Bulletin de l'Académie des Sciences de* 1841 que l'on peut retrouver ces nombreuses réclamations ; ce sont celles de Kettner (2), pour la priorité de Schönlein ; celles de Textor (3) en faveur de Schönlein, de Fuchs et de Langenbeck ; celle de Meynier (4). Gruby (5) se défend en prétendant ignorer les travaux de Schönlein qui, d'ailleurs, étaient très différents des siens.

Hannover (6), dans un deuxième dessin du parasite du Favus, compare à des levures les filaments mycéliens articulés et articles mycéliens isolés. L'existence du parasite du Favus fut confirmée par Dubini en Italie ; par Benett en Angleterre. En 1845, Libert précise la description du parasite qu'il nomme *Oïdium Schönleini*. Remak différencia le champignon et créa pour lui le genre *Achorion*. Il fait sur lui-même une inoculation qui donne des résultats positifs. L'*Achorion Schönleini* entra dans la science classique, malgré Casenave et quelques autres. L'*A. Schönleini* fut classé dans le genre *Achorion* de Link et Remak, dans la tribu des *Oïdiées* par Robin, qui, la même année, en 1853, découvrira le *Microsporum furfur* que l'on appelle aujourd'hui *Malassezia furfur*. Des travaux de Adamson en Angleterre et de Beclère et Wickham en France sont faits pour vérifier les caractères cliniques, microscopiques et culturaux de la *Microsporie*.

Colcott, Fox, Bodin, Matruchot travaillent sur la mycologie des *Dermatophytes*.

C'est en 1896 que Fox insista sur la parenté mycologique des *Microsporum* avec les *Trichophytons*.

En 1900, Sabouraud, dans ses études sur l'*Achorion* du Favus rattache le parasite à la même famille botanique.

Bodin étudia la mycologie des *Microsporum* animaux et celle du dernier *Achorion* qu'il trouva. Matruchot et Dassonville situent les trois groupes de *Dermatophytes* dans les *Gymnoascées*.

C'est à partir de 1829, d'après les travaux de Mahon que l'on a distingué le Favus d'autres maladies contagieuses et mycosiques du cuir chevelu que l'on appelle aujourd'hui « *Teignes tondantes* ».

La découverte de la teigne par Mahon eut peu d'écho. Rayer en 1835 semble l'ignorer. En 1840, des précisions sont apportées par Cazenave qui distingue la teigne de la pelade. C'est à partir de cette époque que la teigne tondante entre définitivement dans le cadre nosographique.

En 1842-43-44, Gruby, dans trois mémoires sur trois teignes différentes et distinctes du Favus apporte des données nouvelles, grâce à l'intervention du microscope (7).

Dans ces trois ouvrages, Gruby décrit trois parasites :

1° Le premier, dans le mentagre, que l'on appelle aujourd'hui un *Trichophyton ectothrix*, est caractérisé par des éléments sporulaires situés dans la racine du cheveu et son follicule.

2° Le second dans une affection qu'il a malheureusement nommée du nom de la pelade. Mais les caractères qu'il en donne sont ceux d'une teigne tondante. Ce parasite enveloppe le cheveu d'une écorce de petites spores et infiltre tout le cheveu de filaments qui s'y dédoublent et qui s'y multiplient.

3° Le troisième dans la teigne tondante de Mahon est un *Tchicophyton endothrix*, parasite inclus dans le cheveu sous la forme d'une chaîne de spores verticales, tassées côte à côte et qui remplissent le cheveu.

Les ouvrages de Gruby provoquèrent des débats scientifiques au cours desquels Bazin se montra un adversaire des plus acharnés. Bazin tout-à-fait converti en 1854, écrivait « tout herpès circiné est maintenant pour moi le signe de la germination du *Trichophyton* ».

Il fournit la preuve microscopique de l'identité de l'herpès circiné et de la tondante. La démonstration de l'identité de l'herpès circiné et de l'herpès tonsurant que Batemann, Mahon et Samuel Plumbe avaient affirmée au nom de la clinique, quarante ans plutôt, fut terminée par les expériences de Bazin et aussi grâce à la preuve par

l'inoculation donnée par Bouchard en 1860. C'est sur lui-même que Bouchard reproduisit l'herpès circiné par l'inoculation de spores d'une tondante.

En 1856, Tilbury Fox reconnut le premier l'origine trichophytique du kérion. Il pense que c'est une trichophytie compliquée de lésions inflammatoires, opinion qui subsistera jusqu'en 1893.

L'étude des kérions est reprise par Sabouraud. Il démontre l'identité des kérions des régions pilaires et des régions glabres et leur commune nature *Trichophytique*. Leurs mœurs caractéristiques sont dues à l'espèce spéciale des *Trichophytons* qui les causent : Trichophyton pyogène à culture blanche ordinairement venu à l'homme par le cheval.

L'examen microscopique d'animaux malades : veaux ou chevaux, est fait pour la première fois par Bazin. Il constate que le champignon infiltrant le poil est semblable à celui de l'homme, mais les éléments parasitaires sont plus petits. Ce fut le point de départ de nombreuses observations et l'on découvrit divers trichophytons (Trich. du cheval, du bœuf, etc...).

Grawitz, le premier, obtient une culture pure de *Trichophyton* et d'*Achorion*. Environ dix jours après, Duclaux en France obtient les premières cultures pures de trichophyton et de Favus (8). C'est pour la première fois que la mycologie du sujet était abordée.

D'autres recherches furent faites par Verujsky (9), élève de Duclaux. Une question fut mise à l'ordre du jour, ce fut celle de la pluralité des Favus. Prague, Kral trouvaient un Achorion nouveau. Megnin et Malassez histologistes, croyaient depuis dix ans à la pluralité des Trichophytons. C'est par l'inoculation que Megnin avait voulu démontrer cette pluralité des Trichophytons.

La question de la pluralité des Trichophytons était posée ainsi : « Des Trichophytoses, des Dermatoses trichophytiques. I. mycologie, espèce, culture, transmission expérimentale, contagion. II. prophylaxie et traitement ». Les discussions n'apportèrent aucun fait nouveau. Personne, sauf Megnin (10), ne considérait cette pluralité comme probable. Personne ne prit la parole pour résoudre cette question au premier congrès de dermatologie de Paris en 1899.

En 1891, deux élèves de Unna : Neebi et Furthmann reprennent la question, mais ce n'est vraiment qu'une ébauche.

Il faut surtout noter en 1892 les premiers travaux de SABOURAUD à ce sujet. Pendant trois ans, il fit des recherches sur les teignes, rédigea une douzaine de notes ou de mémoires qu'il résuma dans son magnifique ouvrage « *les Trichophyties humaines* ». C'est en 1902 que put publié son ouvrage sur les maladies cryptogamiques : *Les Teignes*. Par de nombreux détails, il nous fait connaître sa technique, les caractères des Trichophytons dans leur vie parasitaire, les rapports des Trichophytons avec les cheveux et les poils, les caractères des Trichophytons dans les cultures, la pléomorphisme de ces champignons, l'étude expérimentale des teignes. Il ne faut pas oublier que BODIN, MATRUCHOT et DASSONVILLE ont beaucoup contribué par leurs recherches à démêler et à rendre plus compréhensible cette question si complexe.

Et voici la classificaiton de ces organismes, telle que la donne SABOURAUD :

Trichophyton type endothrix pur : *Tr. tonsurans*, MALMSTEN, 1845 ; *Tr. Sabouraudi*, R. BLANCHARD, 1895 ; *Tr. violaceum* (teigne de l'enfant et de l'adulte), BODIN, 1902.

Trichophyton type endothrix pur (rares) : *Tr. effractum*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. fumatum*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. umbilicatum*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. Regulare*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. pilosum*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. glabrum*, SABOURAUD, 1909 ; *Tr. sulphureum*, C. FOX, 1908 ; *Tr. circonvolutum*, SABOURAUD, 1909.

Trichophyton type néo-endothrix (rares) : *Tr. flavum*, BODIN 1902 ; *Tr. plicatile*, SABOURAUD, 1909.

Trichophyton ectothrix microïdes, comprenant deux groupes, celui de *niveum* : *Tr. radians*, *Tr. félineum*, R. BLANCHARD, 1895 ; *Tr. denticulatum*, SABOURAUD, 1910.

Et le groupe de *gypseum* : *Tr. asteroïdes*, *Tr. mentagrophytes*, Ch. ROBIN, 1853 ; *Tr. radiolatum*, SABOURAUD, 1910 ; *Tr. Lacticolor*, SABOURAUD, 1910 ; *Tr. granulosum*, SABOURAUD, 1908 ; *Tr. farinulentum*, SABOURAUD, 1910 ; *Tr. persicolor*, SABOURAUD, 1910.

Les *ectothrix mégaspores* comprennent deux groupes : les espèces à cultures duveteuses : *Tr. equinum*, GUDOELST, 1902 ; *Tr. rosaceum* ; *Tr. megnigni*, R. BLANCHARD, 1895 ; *Tr. vinosum*, SABOURAUD, 1910 ; et les espèces à cultures faviformes : *Tr. ochraceum*, *Tr. album*, *Tr. discoïdes*, *Tr. verrucosum*, BODIN, 1902.

Signalons aussi les trichophytons des teignes exotiques qui ont fourni jusqu'ici un certain nombre d'espèces

nouvelles : *Tr. albiciscans*, Niewenhuis, 1907 ; *Tr. Castellani*, Perry, 1908 ; *Tr. Blanchardi*, Castellani, 1908 ; *Tr. ceylonense*, Castellani, 1908 ; *Tr. polygonum*, Uriburu, 1909 ; *Tr. exiccatum*, Uriburu, 1909.

Dans son ouvrage, Sabouraud décrit avec beaucoup de détails les Microspories :

1° *Microspories d'origine humaine*, dues au *Microsporum Audouini*, Gruby, 1843 ; M. *velaeticum*, Sabouraud, 1907 ; *M. umbonatum*, Sabouraud, 1907 ; *M. tardum*, Sabouraud, 1909.

2° *Microspories d'origine animale* (neo-microsporum) dues au *Microsporum minimum*, Le Clavé et Malherbe, 1898 ; *M. lanosum*, Sabouraud, 1907 ; *M. flineum*, Fox et Blaxall, 1896 ; *M. equinum*, Bodin, 1898 ; *M. fulvum*, Uriburu, 1907 ; *M. pubescens*, Sabouraud, 1909 ; *M. villosum*, Minne, 1907 ; *M. tomentosum*, Pelagetti, 1909 ; *M. flavescens*, Horta (Brésil).

Parmi les Achorions, on distingue : l'*Achorion Schönleini*, Lebert, 1845 (origine humaine) et dans les favus d'origine animale *Achorion Quinckeanum*, Zopf, 1890 ; *A. Arloingi*, R. Blanchard, 1893 ; *A. gypseum*, Bodin, 1907.

Le genre *Epidermophyton* est décrit en 1881 par Megnin. Ce sont des microphytes très voisins des teignes et qui s'en distinguent par leurs cultures dépourvues de vrilles et de grappes de spores et ne montrant que des conidies fusiformes pluriseptées. Une autre variété de cette même espèce : l'*Epidermophyton cruris* est décrit par Castellani en 1905. Il a été trouvé dans les squames de l'eczema marginatum de Hebra et E. Perneti.

C'est en 1910 que Castellani créera le genre *Endodermophyton* qui comprend deux espèces différentes par les caractères des cultures et trouvées dans les squames épidermiques d'une teigne exotique, le *Tokeleau* ou *Tinea Imbricata* (*Endodermophyton concentricum*), R. Blanchard, 1895 ; *Tr. concentricum*, R. Blanchard, 1895, et *Endodermophyton indicum*. On pense d'après les recherches faites par Pinoy que l'*Endodermophyton concentricum* serait un Aspergillus : *A. lepidophyton*, Pinoy, 1903.

En 1882, un parasite : le *Megalocitosporides immitis* fut découvert par Wernicke, puis Posadas dans une mycosis

fungoïde observée chez un soldat brésilien. Ce parasite sera appelé par STLES en 1897 le *Coccidioïdes immitis*.

En 1890, d'après un champignon pris sur un individu au niveau de la moustache, BEHREND créa le genre *Trichosporum* (*Trichosporum*, de VUILLEMIN). Ce champignon végétait à la surface des poils et produisait sur leur trajet des nodosités de consistance variable. BEHREND appela cette affection trichomycose nodulaire. Le parasite recevait le nom de *Trichosporon ovoïde* ; On connaît actuellement plusieurs parasites pouvant produire des Trichospories : le *Trichosporum ovale*, UNNA, 1896, produisant le *Piedra nostras* ; le *Trichosporum Beigeli*, RABENHORST, 1867 (*Pleurococcus Beigli*), produisant la *Trichophytie* de la barbe ; le *Trichosporum glycophile*, DU BOIS, 1910 ; la Trichosporie des poils du pubis ; le *Trichosporum giganteum*, BEHREND, 1890, produisant le Piedra de Colombie.

Cet historique, bien que très résumé, permet de montrer la longue suite d'efforts ayant porté sur les Dermatophytes, pour arriver à différencier, classer et cultiver ces parasites. Mais ces efforts patients n'ont pas été vains. En 1868, le nombre de cas de teignes tondantes était à Paris de 3.000, en 1900 il était de 10.000, il atteindrait actuellement plus de 15.000 si la progression avait continué. Mais grâce au traitement radiothérapique de SABOURAUD, les teignes sont en voie de grande décroissance ; on peut espérer même que dans quelques années elles n'existeront plus.

DEUXIEME PARTIE

MORPHOLOGIE ET BIOLOGIE DU CHAMPIGNON

CHAPITRE PREMIER

MÉTHODES D'ISOLEMENT ET DE CULTURE

I. — *Prélèvement des poils.* — Sans aucune stérilisation préalable des lésions de la teigne, nous avons saisi avec une pince à épiler, préalablement flambée, la plus grande quantité possible de poils d'apparence anormale et susceptibles d'être parasités, de façon à avoir le poil tout entier ou bien des fragments le plus longs possible. Nous leur avons fait subir une traction nette et franche. Les poils, étant généralement très fragiles, sont arrachés, par ce procédé, sans occasionner la moindre douleur. Nous avons placé les poils ainsi extraits entre deux verres de montre stériles pour les conserver pendant le temps qu'il sera nécessaire.

II. — *Examen macroscopique des poils.* — La plupart des poils, de couleur grisâtre, sont entourés à leur base, sur trois millimètres de hauteur environ, au-dessus de l'orifice pilaire, d'un étui blanc grisâtre. Cette gaîne semble un prolongement de l'épiderme folliculaire qui aurait accompagné les poils dans leur croissance. Beaucoup d'entre eux se présentent brisés. Ils sont porteurs, pour la plupart, de petites squames lamellaires blanches agglomérées en faisceaux.

III. — *Examen microscopique du poil.* — Pour examiner le poil au microscope, il faut l'éclaircir. A cet effet, on le traite, sur une lame, par une solution aqueuse de potasse caustique à 30% et après l'avoir chauffé sur une flamme douce jusqu'à l'apparition de la première bulle d'ébullition, (la potasse dissout les graisses cutanées et attaque plus ou moins les éléments anatomiques, tout en respectant les parasites), on le lave à l'eau, puis on le traite par la glycérine ; on couvre la lame avec une lamelle et on examine au microscope. Si c'est nécessaire, on répète cette opération plusieurs fois en chauffant le poil dans la solution potassique chaque fois un peu plus que précédemment.

Le simple examen microscopique nous a permis de déterminer que le parasite qui a envahi le poil appartient au genre Microsporum. En effet, le poil malade est recouvert et même dépassé sur ses bords par une quantité énorme de spores arrondies de 2 à 3 μ de diamètre, tassées sans ordre, les unes contre les autres. Elles sont polyédriques par suite de la pression réciproque et munies d'une double membrane, formant une véritable gaîne.

Dans la partie interne du poil, nous avons relevé la présence de quelques filaments, bien visibles, surtout après un léger écrasement de la préparation, d'un diamètre égal à celui des spores, dirigés dans le sens de la longueur du poil et se multipliant de haut en bas par dichotomie. Ces filaments sont d'autant plus nombreux qu'on se rapproche davantage du tube pilaire. Ils descendent plus bas que la gaine de spores, mais s'arrêtent au-dessus du bulbe.

Tous ces caractères sont propres au genre Microsporum.

Mais la détermination de l'espèce nécessitant un examen plus approfondi, nous avons essayé d'obtenir une culture de la teigne.

IV. — *Ensemencement de poils.* — Sur une lame flambée, nous avons mis quelques poils du chien malade. Nous avons coupé chaque poil en plusieurs morceaux à l'aide d'un rasoir préalablement stérilisé. Puis au moyen d'un fil de platine, également stérilisé, humecté, en touchant la surface du milieu de culture, nous avons ensemencé chacun de ces fragments, les uns en tube, les autres sur boîte de Petri contenant le milieu de culture, la distance qui sépare chaque tronçon du poil étant d'environ un centimètre.

Les différents milieux de culture employés permettant l'isolement et la culture

Nous donnons ci-après l'ensemble des milieux de culture dont nous nous sommes servis :

A. — *Milieux solides*

I. — Milieu de Sabouraud glucosé :

Glucose	60 gr.
Peptone	10 gr.
Gélose	20 gr.
Eau	1000 c.c.

II. — Milieu d'épreuve de Sabouraud maltosé :

Eau	1000 c.c.
Maltose	40 fgr.
Peptone	10 gr.
Gélose	18 gr.

III. — Milieu de Sabouraud non sucré :

Gélose	18 gr.
Peptone	50 gr.
Eau	1000 c.c.

IV. — Milieu de culture général (pour les teignes) :

Peptone	20 gr.
Gélose	13 gr.
Eau	1000 c.c.
Acide acétique cristallisable	V gouttes
Glycérine	20 gr.

V. — Milieu de Czapek maltosé :

Phosphate monopotassique	10 gr.
Chlorure de potassium	5 gr.
Sulfate de magnésium	5 gr.
Sulfate de zinc	0,1 gr.
Sulfate ferreux	0 1 gr.
Acide sulfurique	XXX gouttes
Eau distillée q.s.p	1000 c.c.
Sulfate d'ammonium	5 gr.
Maltose	30 gr.
Gélose	18 gr.

VI. — Milieu de L. Grigorakis (11) :

Eau	1000 c.c.
Gélose	18 gr.
Peptone	10 gr.
Glycérine	40 gr.

B. — *Milieux liquides*

I. — Milieu de Sabouraud glucosé :

Eau	1000 c.c.
Peptone	10 gr.
Glucose	60 gr.

II. — Milieu de Sabouraud maltosé :

Eau	1000 c.c.
Peptone	10 gr.
Maltose	40 gr.

III. — Milieu de Czapek glucosé :

Phosphate monopotassique	10 gr.
Chlorure de potassium	5 gr.
Sulfate de magnésium	5 gr.
Sulfate de zinc	0,1 gr.
Sulfate ferreux	0,1 gr.
Acide sulfurique	XXX gouttes
Eau distillée q.s.p.	1000 c.c.
Sulfate d'ammonium	5 gr.
Glucose	30 gr.

Pour isoler le champignon nous nous sommes servi du milieu de Sabouraud, sur lequel d'autres organismes accompagnant la Teigne, les Bactéries notamment, ne se développent pas dans les mêmes conditions.

Isolement de la Teigne
Caractères des cultures

L'ensemencement des fragments du poil sur milieu de Sabouraud glucosé, solide, a produit en cinq jours une colonie d'aspect crêmeux, blanche, grisâtre, constituant une impureté. Dix jours après, nous avons pu constater l'apparition d'une petite colonie ronde et blanche à l'aspect cotoneux. Cette production est déprimée sur les bords et présente un renflement autour d'une cavité centrale. Examinée au microscope, la colonie apparue en premier lieu s'est révélée être formée par des levures, alors que celle apparue plus tard était constituée par le mycélium du champignon de la Teigne.

Pour obtenir la teigne pure, nous avons ensemencé un poil sur milieu de Sabouraud maltosé. Cet ensemencement a donné une belle colonie de la teigne au bout de douze jours. Cette colonie a 3 centimètres et demi de diamètre. Elle présente une forme circulaire et bombée. Peu à peu, elle s'est aplatie, le centre s'est déprimé. Des nervures partent des bords et viennent converger au centre de la masse.

Examinée au microscope, la jeune colonie se montre formée de filaments mycéliens, ne présentant pas de formes particulières. La colonie plus âgée montre à l'examen microscopique la présence de filaments mycéliens terminés par des chlamydospores.

En repiquant cette colonie sur divers milieux de culture, nous n'avons plus jamais observé l'apparition de ces formes de conservation à l'exception de celle poussée sur milieu de Grigorakis, ainsi que nous le montrerons plus loin.

On empêche le pléomorphisme en ensemençant sur milieu de Sabouraud non sucré.

CHAPITRE II

ÉTUDE MORPHOLOGIQUE DE LA TEIGNE SUR LES DIFFÉRENTS MILIEUX DE CULTURE

Dans ce chapitre, nous entreprénons l'étude morphologique de la Teigne. Nous décrivons l'aspect des colonies, variable avec les milieux de culture, mais nous insisterons surtout sur les caractères microscopiques. Pour faire cet examen, nous avons coloré le champignon en utilisant les méthodes courantes, notamment celle de Gram, la coloration au bleu lactique et au colorant triple de Guéguén. Indiquons d'abord rapidement en quoi consistent ces colorations — nous verrons ensuite le résultat de nos cultures.

Les colorations.

I. — Méthode de Gram

Les couleurs dérivées de la pararosaniline (violet de gentiane, violets penta et hexaméthylès, bleu Victoria) forment avec l'iode une combinaison non dissociable par le traitement à l'alcool.

Notre champignon a pour cette combinaison une affinité telle que l'alcool ne peut l'entraîner.

Technique de la méthode de Gram.

1) Colorer le frottis par le violet phéniqué ou aniliné (violet de gentiane), pendant trente secondes.

2) Egoutter le colorant. Sans laver, verser quelques gouttes de liquide de Lugol :

Iodure de potassium	2 gr.
Iode	1 gr.
Eau distillée	200 cc.

Laisser dix à douze secondes. Egoutter la solution, verser une nouvelle quantité, laisser le même temps.

3) Laver ensuite à l'eau, puis par l'alcool absolu pendant quelques secondes.

4) Laver à l'eau et colorer le fond en traitant la préparation par une forte goutte de solution d'éosine :

Eosine	1 gr.
Eau distillée	200 cc.

Laisser en contact pendant une à deux minutes.

5) Laver à l'eau distillée. Passer rapidement par l'alcool absolu et le xylol et monter au baume.

II. — Bleu lactique

Ce réactif, de conservation indéfinie, s'obtient en dissolvant au mortier dans l'acide lactique pur environ un millième de bleu coton C⁴B de Poirrier, en filtrant après vingt-quatre heures.. Il est commode de conserver le liquide dans un flacon à pointe plongeante, qui permet de n'en prendre qu'une goutte à la fois.

III. — Colorant triple de Guéguén

Pour colorer les globules gras des champignons, Guéguén a obtenu de bons résultats avec une solution de Sudan dans l'acide lactique, réactif éclaircissant, universellement employé par les mycologues et les lichenographes. Voici comment il convient de préparer ce sudan lactique.

Le colorant, préalablement réduit en poudre fine, est broyé au mortier avec mille fois son poids d'acide lactique pur, ajouté peu à peu. Le mélange, versé dans un petit matras, est chauffé doucement jusqu'à dissolution compiète et obtention d'un liquide limpide rouge cerise, que l'on filtre après complet refroidissement et que l'on conserve en flacon bouché. Il est bon, pour éviter tout trouble ultérieur, de n'opérer la filtration qu'au bout de 2 ou 3 jours, et de conserver le réactif à l'abri de la lumière qui semble l'altérer.

Le réactif ainsi obtenu peut être mélangé en toutes proportions au bleu lactique et à l'iode lactique, qu'on prépare en ajoutant à de l'acide lactique des proportions variables (1 à 2 millièmes) de teinture d'iode.

Pour ne pas trop affaiblir le titre de la solution de sudan, il est préférable de s'en servir comme véhicule pour les autres réactifs employés purs. En dissolvant à froid au mortier, dans le sudan lactique, un millième de son poids de bleu C⁴B Poirrier, et ajoutant au mélange, préalablement filtré, une ou deux gouttes de teinture d'iode par dix centimètres cubes, on obtient un liquide violet foncé, colorant triple qui peut servir à localiser simultanément les corps gras, les matières amylacées et certaines inclusions protoplasmiques. L'électivité est aussi parfaite que si chacune des substances dissoutes était employée seule.

Pour colorer un champignon filamenteux par le bleu lactique, ou le colorant triple de Guéguén, il suffit, après fixation, de faire tomber sur la lame portant le champignon une ou deux gouttes du colorant, chauffer jusqu'à émission de vapeurs, recouvrir d'une lamelle et examiner au microscope.

Les cultures.

Nous avons fait nos cultures sur milieux solides et sur milieux liquides tantôt en boîtes de Petri, tantôt en tubes à essais.

α) Milieux solides

1) *Milieu de Sabouraud glucosé.* — A la température du laboratoire, la colonie commence à pousser à partir du sixième jour. C'est une colonie ronde, blanche, duveteuse. Elle grandit de jour en jour. Au bout de vingt jours, elle commence à s'aplatir ; la partie centrale s'enfonce dans le milieu de culture. Des sillons réguliers, droits, plus ou moins profonds, partent du centre et divisent la colonie comme un gâteau.

L'examen microscopique de la colonie jeune montre des filaments mycéliens et beaucoup de spores de forme ovoïde de 3 μ de large et 8 μ de long (fig. 4 G). Au bout de quarante-cinq jours, on remarque des granulations protoplasmiques dans les filaments mycéliens qui, par endroits, sont renflés.

2) *Milieu de Sabouraud maltosé.* — Sur ce milieu, la colonie pousse en cinq jours, elle atteint trois centimètres de diamètre en vingt jours. Elle présente une auréole de fin duvet. Sa couleur a changé peu à peu. Au début, elle était blanche, puis elle est devenue beige.

Au bout de deux mois, l'examen microscopique de la colonie montre la présence de spores du type « acladium » de 2 μ 5 de large sur 6 μ 5 de long (fig. 4 A), des filaments en forme de faisceaux, quelques filaments renflés, protoplasmiques, et des spores de forme ovoïde très petites rassemblées par petits paquets. Ces spores mesurent 2 1/2 μ de large et 7 μ de long.

3) *Milieu de Sabouraud non sucré.* — C'est le milieu qui a été donné par Sabouraud pour éviter le pléomorphisme. La colonie pousse au bout de quatre jours. La colonie est blanche, ronde. Dans l'espace de vingt jours environ, elle atteint trois centimètres de diamètre. Sa surface n'est divisée que par quelques nervures. On remarque que le milieu de culture noircit autour de la colonie.

Au microscope, on voit des filaments mycéliens protoplasmiques, des filaments de forme « acladium » et des filaments mycéliens en forme de faisceaux. Les spores sont peu abondantes. Elles mesurent 3 μ de large sur 8 μ de long.

4) *Milieu de culture général.* — La colonie commence à pousser en quatre jours. Dans un mois, elle mesure 3 centimètres et demi de diamètre, son épaisseur est d'un millimètre. Ses bords sont légèrement ondulés et sa surface est parcourue par des sillons profonds et courts suivant le sens des rayons.

Au bout de trente à cinquante jours, elle présente au microscope des filaments en faisceaux et des formes « acladium » de 2 μ 5 de large sur 6 μ 5 de long. Les spores sont peu abondantes, leur largeur est de 3 μ et leur longueur 7 μ.

5) *Milieu de Czapek maltosé.* — C'est un milieu de choix pour ce champignon. Il s'y développe rapidement. Il commence à pousser au bout de cinq jours. Au bout de cinquante jours, la colonie prend une forme arrondie. Son diamètre est de 5 centimètres et demi. Elle a un aspect rayonné. Le centre est proéminent et présente des granulations, tandis que la périphérie est lisse (fig. 2).

Au microscope, on voit des filaments protoplasmiques en forme de faisceaux, du type « acladium » et beaucoup de spores rassemblées par petits paquets. Elles ont les mêmes dimensions que précédemment dans le milieu de Sabouraud maltosé.

6) *Milieu de L. Grigorakis.* — La colonie commence à pousser le quatrième jour. Elle atteint quatre centimètres de diamètre en trente jours environ. Elle ressemble à la colonie que nous avons obtenue sur le milieu de culture général.

Au microscope, la colonie présente des filaments du type « acladium », des filaments mycéliens avec quelques conidies et beaucoup de spores groupées en petits paquets. Les conidies sont rondes et grandes (fig. 4 F). Elles mesurent 9 μ de diamètre. On remarque également la présence de chlamydospores (fig. 4 C, D).

7) *Pomme de terre.* — Ce milieu est très favorable au développement de la colonie. Le développement s'est produit au bout de quatre jours à la température du laboratoire. La colonie se présente sous forme d'une masse ronde, blanche, elle a l'aspect de coton. Peu à peu, elle grandit et au bout d'un mois, elle mesure un centimètre et demi de diamètre. Elle s'aplatit ; à ce moment, sa hauteur est d'un millimètre, la surface est plissée.

Au microscope, nous distinguons des filaments mycéliens qui se terminent par des conidies de 3 à 4 μ de large sur 5 à 6 μ de long (fig. 4 E), des filaments de forme « acladium » et une grande quantité de spores ovoïdes en paquets.

8) *Carotte.* — La carotte est aussi un bon milieu pour ce champignon. Son développement est très rapide, quatre jours suffisent pour en avoir le début.

Au microscope, la colonie présente le même aspect que sur la pomme de terre. Mais on remarque en plus des filaments gonflés et en forme de faisceaux. Les spores sont ovoïdes et très abondantes, rassemblées en petits paquets.

b) Milieux liquides

1) *Milieu de Sabouraud maltosé.* — Dans ce milieu, quatre jours après l'ensemencement, des petites colonies commencent à apparaître au sein du liquide.

Si l'on observe ces colonies au microscope, on voit des

filaments mycéliens et très peu de spores. Ces spores ont une largeur de 3 μ et une longueur de 8 μ.

Au bout de douze jours, un voile blanc se forme à la surface du liquide.

Au microscope, le voile ne présente que des filaments mycéliens protoplasmiques renflés par endroits.

2) *Milieu de Sabouraud glucosé.* — Les colonies poussent au bout de quatre jours. Ces colonies immergées présentent au microscope des filaments mycéliens, mais aucune spore.

Si on observe aussi au microscope le voile qui se forme au bout de douze à treize jours, on voit des filaments mycéliens et beaucoup de spores plus arrondies que d'habitude. Elles mesurent 4 μ sur 6 à 7 μ. Ces spores sont plus petites que sur le milieu de Sabouraud maltosé.

3° *Eau peptonée à 50 °/ oo.* — Le développement est très rapide à la température du laboratoire. Au bout de trois jours apparaissent des petites colonies sphériques blanchâtres, translucides, présentant un point opaque au milieu. Ces colonies se forment au fond du tube ; de jour en jour elles se multiplient. En quinze jours, elles atteignent environ sept millimètres de diamètre.

Quand on les regarde au microscope, on ne voit que des filaments mycéliens.

Si on examine au microscope, le voile qui se forme sur la surface du liquide au bout de quatorze jours, on ne voit que des filaments mycéliens protoplasmiques renflés par endroits.

4) *Milieu de Czapek glucosé.* — Le champignon ensemencé sur liquide de Czapek dans une fiole conique de 50 cc. donne une végétation relativement abondante au bout de la cinquième journée. Les colonies immergées se présentent sous forme de petites sphérules d'aspect cotonneux, grosses de deux à quatre millimètres, avec un centre plus foncé, montrant un petit point noir. Sur le pourtour, on aperçoit des petits rayons plus soyeux. Ceci pour les cultures âgées de quatorze jours.

A l'examen microscopique, quand les colonies sont encore très jeunes, elles ne présentent que des filaments mycéliens. Plus tard, on observe la forme toruleuse caractéristique des cultures en milieu immergé. Au bout de quarante-cinq jours, les filaments présentent des chlamydospores, les unes intercalaires, les autres terminales

(fig. 4 K, L). Elles paraissent légèrement plus renflées que sur une culture solide et sont fréquemment agglomérées.

Les colonies immergées débutent par un petit point blanc, puis d'autres colonies se forment et grandissent en présentant un centre blanc. Généralement, elles se réunissent pour donner un pseudo-voile. C'est un voile blanc très léger et soyeux qui se forme au bout de vingt-deux jours.

A l'examen microscopique, on observe des filaments mycéliens protoplasmiques renflés et septés à l'excès. Le contenu cellulaire renferme du glycogène et un protoplasme très fourni de gouttelettes de graisse (Réactif de Guéguén). On voit plus tard des chlamydospores intercalaires et terminales (fig. 4 I, J).

Mentionnons pour terminer, que tous nos essais de culture, sur milieu de Raulin, neutre ou acide, ont échoué.

En résumé, nous voyons que l'aspect microscopique varie peu avec le milieu employé. Partout, nous retrouvons les mêmes formes : renflements, granulations protoplasmiques, formes « acladium », spores... autant d'éléments dont nous indiquerons la signification dans le chapitre suivant, traitant de la biologie du champignon.

La seule différence que nous ayons enregistrée concerne le nombre de spores : celles-ci sont particulièrement abondantes sur pomme de terre et sur carotte.

Quant à l'aspect microscopique des colonies, il varie également assez peu et semble particulièrement typique sur le milieu de Czapek maltosé solide : c'est celui que représente le cliché n° 2.

Comme nous ne traitons que la partie morphologique dans ce chapitre, nous avons réservé pour la troisième partie de ce travail, d'indiquer quels sont les aliments préférentiels du champignon et notamment la vitesse de développement suivant les milieux.

CHAPITRE III

BIOLOGIE DU CHAMPIGNON

D'une façon générale, tout champignon comporte un appareil végétatif appelé « mycélium » constitué par des filaments très ramifiés désignés sous le nom d'« hyphes ».

Il possède en général, deux modes de reproduction :

1° Une reproduction asexuelle, au moyen de spores, qui multiplient le mycelium par une sorte de bouturage ; 2° une reproduction sexuelle : le « zygote » qui résulte de ce phénomène-germe en produisant souvent un appareil sporifère, correspondant à un tétrasporange et dans lequel s'opère la réduction chromatique. Dans les formes les plus évoluées des champignons, il existe une alternance de génération, avec un mycélium haploïde porteur de gamètes et dérivant de la germination de spores qui correspondent à des tétraspores et un mycélium diploïde porteur de tétrasporange, dans lequel naissent ces spores.

Notre Dermatophyte, tel que nous l'avons observé sur le poil, présente un mycélium formé de très nombreux articles qui sont autant de spores. Ensemencé sur un milieu nutritif riche, ces spores germent pour donner des filaments abondamment ramifiés constituant le mycélium. Cette transformation s'opère dans l'espace de douze à quinze jours suivant le milieu employé. La formation de nouveaux éléments mycéliens se fait donc suivant un processus de multiplication asexuée.

Reproduction. — La plupart des champignons parasites sont des schizomycètes, c'est-à-dire qu'ils se reproduisent par simple division transversale, comme les Bac-

téries. Quand une cellule a atteint un certain développement, il se forme une cloison transversale au centre et elle se trouve ainsi divisée en deux cellules. Chacune s'accroît à son tour et se divise quand elle a acquis le même développement que la cellule mère ; ainsi s'accroissent en longueur les filaments mycéliens des champignons parasites. Il arrive parfois que dans les cultures, les filaments mycéliens se désarticulent, chaque article pouvant prendre une forme plus ou moins arrondie ; il renferme alors du glycogène et un ou plusieurs noyaux. C'est la reproduction par arthrospores caractéristique des Arthrosporés.

Nous avons essayé d'obtenir la forme de reproduction sexuée. A cet effet, nous avons fait une culture sur bloc de plâtre. Les blocs ont été obtenus par moulage dans des verres de montre. On place les blocs dans des boîtes de Petri et nous avons stérilisé le tout dans l'autoclave à une température de 120° pendant une demi-heure. Nous avons versé une certaine quantité de milieu de culture de Sabouraud maltosé liquide dans la boîte de Petri qui contient le bloc de plâtre stérilisé. L'épaisseur de la couche formée par le milieu de culture atteint environ la moitié de la hauteur du bloc de plâtre.

On porte alors une culture obtenue à partir d'un poil et qui n'a jamais été repiquée, d'un milieu où elle trouvait une alimentation abondante (par exemple, milieu de Sabouraud maltosé) sur le bloc où elle ne trouve que peu d'aliments, ce qui passe par capillarité dans le bloc.

Dans ces conditions, pour la majorité des cas, le champignon épuise ses réserves et forme ses organes de reproduction.

Mais malgré plusieurs essais, nous n'avons jamais réussi à faire apparaître d'organes ressemblant, même de loin, à des périthèces. Il est probable que notre échec est dû à l'insuffisance des moyens employés. Il faudrait en effet placer le champignon dans des conditions de souffrance telles que les ont réalisées Matruchot et Dassonville. Ces auteurs ont en effet observé des hyphes particuliers en forme de peignes, de vrilles ou de spirales, qui ressemblent beaucoup aux ornements de la paroi du périthèce de certaines Gymnoascées. Ils les ont considérés comme des ébauches de périthèce. C'est la présence de ces organes, et d'incontestables affinités entre les Dermatophytes et un champignon du genre *Eidamella* trouvé sur les poils d'un chien, et qui produit des périthèces, qui ont

amené ces auteurs à classer les Dermatophytes parmi les Gymnoascées.

Mais l'insuccès de nos tentatives pour obtenir les périthèces n'a pas de conséquences graves pour l'identification de notre champignon. En effet, les Dermatophytes se caractérisent essentiellement par leurs formes très variées de multiplication asexuée. Celles-ci sont soit des conidies, soit des oïdies, soit des chlamydospores ; soit enfin des spores en forme de fuseaux divisés en plusieurs loges par des cloisons transversales.

Décrivons rapidement chacun de ces organes.

Les Conidies. — La multiplication asexuelle s'effectue au moyen de spores externes très petites et très légères appelées « conidies ». On donne le nom de conidies à des petites chlamydospores terminales ou latérales dépourvues de glycogène et ne renfermant qu'un seul noyau. Elles se détachent toujours par déhiscence. En général, elles sont unies aux filaments qui leur a donné naissance par un mince pédicule qui persiste le long du filament après la déhiscence.

Dans un certain nombre de cas, les conidies se développent à l'extrémité renflée d'un filament aérien en constituant ce qu'on appelle un appareil conidien.

Les Oïdies. — Le mycélium se multiplie exclusivement en désarticulant : les cellules qui le constituent se séparent par endroits les unes des autres et peuvent, pendant un certain temps, croître et se diviser par cloisonnement à la manière des Bactéries. Transportées sur un milieu neuf, ces cellules s'allongent et reproduisent un nouveau mycélium. Elles constituent donc encore des sortes de boutures, qui se divisent par cloisonnement transversal. On leur donne le nom d'oïdies.

Les Chlamydospores sont des organes de résistance qui apparaissent lorsque la culture est vieille ou lorsqu'elle ne trouve pas un milieu convenable à son développement. Elles mesurent 12 à 15 μ de diamètre en moyenne.

Les chlamydospores renferment du glycogène et plusieurs noyaux. Elles se développent le long des filaments mycéliens par condensation du protoplasme et des noyaux dans certains articles qui se renflent aux dépens des articles voisins qui se vident. Ces chlamydospores sont terminales, intercalaires ou latérales.

Les Fuseaux. — Ce sont des éléments qui représentent également des organes de reproduction asexuelle. Ces organes affectent la forme de grandes cellules oblongues divisées en compartiments de grandeur égale. D'autres sont piriformes, assez volumineuses et également divisées en un certain nombre de loges par des cloisons transversales. Chacune des loges renferme un certain nombre de noyaux. Chacune des loges correspond à une chlamydospore.

Les fuseaux qui se développent dans les cultures de certains champignons des teignes sont donc des chlamydospores pluriloculaires.

On a constaté qu'un certain nombre de champignons, cultivés sur gélose sucrée, donnent lieu en vieillissant à ce qu'on appelle une transformation pléomorphique de leur culture. Il se forme un duvet blanc stérile, formé de filaments plus grêles et ne produisant plus d'organes de reproduction. On a beau faire de nouveaux ensemencements, jamais la culture pléomorphique ne revient à la culture primitive.

Pour éviter le pléomorphisme, Sabouraud conseille de repiquer sur gélose ordinaire, fortement peptonée, les cultures obtenues sur milieu d'épreuve. C'est ce qu'il appelle le milieu de conservation. Mais en réalité, il semble bien qu'on retarde simplement plutôt qu'on n'empêche le pléomorphisme.

Notre Teigne se reproduit donc uniquement dans les conditions où nous l'avons cultivée, par voie asexuée. Les fuseaux n'apparaissent que sur la culture-mère, obtenue directement à partir du poil. Une fois repiquée, la colonie ne présente plus jamais cet élément de reproduction. Par contre apparaissent toutes les autres formes : spores, conidies, chlamydospores, forme « acladium ». Cette dernière, présentant des éléments auxquels on donne le nom « d'aleuries » paraît la plus fréquente. Les aleuries sont des sortes de spores qui sont mises en liberté par la destruction du filament qui leur a donné naissance. Mieux que toute description, les dessins qui figurent à la fin de notre travail indiquent l'aspect de ces divers éléments. C'est en nous basant sur eux qu'il nous a été possible de déterminer l'espèce à laquelle appartient notre champignon : c'est d'ailleurs cette détermination qui servira de conclusion à notre étude.

Les conditions de reproduction de la Teigne ayant été ainsi précisées, nous nous sommes attaché à déterminer les

facteurs extérieurs susceptibles de favoriser ou d'entraver son développement. Parmi ces facteurs, les plus importants sont la température et l'oxygène.

Action de la température.

Le champignon ne pousse pas à toutes les températures.

Optimum cultural. — L'optimum de croissance a été déterminé à l'aide de cultures sur milieu de Sabouraud maltosé solide, placées respectivement à des températures de +5°, 9°, 15°, 18°, 22°, 28°, 32°, 35°, 37° et 40°. L'optimum cultural se trouve compris entre +18° et +22°. Entre +32° et +35°, le champignon pousse encore, mais assez mal. A +37°, son développement est suspendu, le champignon demeure à l'état de vie latente. Disposé dans une étuve à +22°, il reprend sa croissance.

Ces constatations s'accordent donc entièrement avec ce que nous savons sur le mode de vie de la Teigne chez l'Homme ou les Animaux. Ainsi que nous l'avons vu, en effet, elle affectionne les parties périphériques, poils, cuir chevelu et ne se présente jamais dans la peau même, où la température du corps (36-37°) empêcherait son développement.

Action de l'oxygène.

Culture en anaérobiose. — Voici le dispositif dont nous nous sommes servi pour faire cette culture : la Teigne ensemencée sur milieu de Sabouraud maltosé solide est mise dans un gros tube, susceptible d'être bouché au caoutchouc, et portant une anse latérale, dans laquelle nous avons mis du pyrogallol. Le fond du gros tube renferme quelques centimètres cubes de lessive de potasse. Le tube de culture étant introduit, on bouche hermétiquement, et d'un mouvement sec on fait tomber le pyrogallol dans la potasse : il se forme du pyrogallate de potasse qui absorbe l'oxygène se trouvant dans le tube. On abandonne alors la culture à la température du laboratoire ; au bout de douze jours, il apparaît une colonie, d'abord très petite, qui finit par atteindre la taille normale. Elle est d'un aspect crémeux, et non plus blanc, ne présente pas les divisions en tranches de gateaux que nous montraient les colonies en culture normale. Mais surtout elle se révèle d'une consistance extrêmement dure.

A l'examen microscopique, elle présente un très petit nombre de spores, isolées et plus allongées que les spores des cultures en aérobiose. Enfin, les filaments mycéliens ne présentent aucune des formes de reproduction asexuée que nous avions observées sur les cultures précédentes.

Nous pouvons donc conclure que si la culture en absence d'oxygène est possible, elle a des répercussions assez marquées sur la morphologie du champignon.

TROISIEME PARTIE

ÉTUDE BIOCHIMIQUE DU CHAMPIGNON

CHAPITRE PREMIER

ACTION DU CHAMPIGNON SUR LES GLUCIDES ET LES PROTIDES

Ainsi que nous l'avons indiqué plus haut, nous allons examiner maintenant quels sont les aliments préférentiels pour notre microorganisme et envisager d'une façon générale, le problème de sa biochimie.

Comme tout mycélium, celui de la Teigne se compose de C, H, O, N et sels minéraux. Nous fournissons ces divers éléments en le cultivant sur milieu de Czapek : la source minérale reste constante et apporte les principaux éléments indispensables à toute croissance (chlorures, phosphates, sulfates, K, Mg, Fe, Zn). La source carbonée est fournie sous forme d'un glucide, à raison de 3% : nous avons essayé une gamme de sucres, tant pour voir lequel était le plus favorable au développement, que pour rechercher les produits formés dans sa décomposition. Enfin nous n'avons essayé que deux sources azotées différentes : le sulfate d'ammonium et le nitrate de potassium.

L'ensemble des résultats des cultures est consigné dans le tableau ci-contre. Nous avons rangé les glucides par ordre de préférence, pour la culture, les plus favorables venant en tête.

(*a*) en présence de sulfate d'ammonium (5 p. 1000).
(*b*) en présence de nitrate de potassium (7,7 p. 1000).
(+) croissance.
(—) absence de développement.

a		b	
Levulose	+	Inuline	+
Inuline	+	Levulose	+
Maltose	+	Maltose	+
Lactose	+	Lactose	+
Amidon soluble	+	Mannite	+
Glycérine	+	Glycérine	+
Mannite	+	Glucose	+
Glucose	+	Galactose	+
Galactose	+	Saccharose	+
Saccharose	+	Amidon soluble	—

Pour rendre compte du degré d'utilisation des diverses sources, décrivons rapidement l'aspect du champignon sur les divers milieux.

Les colonies de Teigne commencent à apparaître au bout de quatre jours. Elles se multiplient régulièrement et après vingt-cinq jours, elles atteignent leur grandeur maxima. Elles se présentent sous une forme sphérique d'aspect translucide présentant à leur centre un point opaque. Elles nagent au sein du milieu de culture.

Dans le milieu qui contient du lactose, de l'amidon soluble, ou du maltose, les colonies sont grosses d'environ un centimètre de diamètre. Dans le glucose, la mannite, la glycérine et l'inuline, les colonies ont 0,5 centimètre de diamètre. Dans les autres milieux contenant des sucres, les colonies ont environ deux millimètres de diamètre. Le milieu à l'inuline présente une particularité, il fournit un mycélium qui reste à la surface du tube.

Au bout de quarante jours, les colonies se contractent et finissent par atteindre environ un millimètre de diamètre. Elles deviennent opaques et tombent au fond du tube.

A l'examen microscopique, ces colonies, depuis leur formation jusqu'au moment où elles ont atteint leur taille maxima, ne présentent que des filaments mycéliens. Pendant la période où les colonies sont condensées, elles révèlent des filaments mycéliens protoplasmiques renflés, et présentent des chlamydospores les unes intercalaires, les autres terminales (fig. 4-K.L). Elles paraissent légèrement plus renflées que sur une culture solide et sont fréquemment agglomérées.

Ayant ainsi constaté l'utilisation de la majorité des glucides, nous avons cherché à connaître, au moins dans une première approximation, la nature des produits élaborés dans le milieu de culture au cours de la croissance du champignon.

A cet effet, nous avons ensemencé la Teigne sur milieu au bleu de bromothymol ; dans une première expérience glucosé, dans une deuxième lactosé. S'il y a production d'acide, le milieu doit virer au jaune. On constate que le champignon s'est développé en quatre jours dans ce milieu, et au bout de dix jours, un voile s'est formé sur la surface du liquide.

L'examen microscopique du voile présente la forme acladium » et des spores ovoïdes groupées en petits paquets. Tandis que l'examen du mycélium immergé ne montre que des filaments mycéliens.

Mais le milieu n'a pas changé de couleur, ce qui indique qu'il ne s'est pas acidifié. Il y a lieu de remarquer toutefois que le milieu au bleu de bromothymol renferme de la peptone, qui, attaquée par le microorganisme, libère des groupes peptidiques ou même aminés, à réaction alcaline, susceptibles de neutraliser une petite quantité d'acide. Quoi qu'il en soit, même s'il y a production d'acide, celle-ci est très faible, et ici notre teigne présente un caractère particulier qui l'oppose à d'autres champignons qui produisent de notables quantités d'acides organiques dans l'utilisation des sucres.

L'action sur le bleu de bromothymol lactosé est identique à celle sur le milieu glucosé.

Dans ce milieu, le champignon s'est développé entre le troisième et le quatrième jour. Le voile s'est formé au bout de neuf jours.

Si on observe les colonies immergées au microscope, on voit des filaments mycéliens en forme de faisceaux et renflés par endroits et peu de spores, tandis que l'examen microscopique du voile montre la présence de grosses

conidies, de 4 μ de large sur 6 à 7 μ de long, beaucoup de spores isolées et des filaments mycéliens en forme de faisceaux.

Puis nous avons cherché à voir s'il se produisait des substances réductrices. A cet effet, nous avons cultivé la Teigne sur milieu au rouge neutre : Les colonies de la teigne se forment au fond du tube à essais en quatre jours. Un voile se forme à la surface du liquide au bout de douze jours.

Nous avons remarqué que la Teigne réduit très légèrement le rouge neutre qui vire au jaune orangé. Il semble donc qu'il y ait production de corps légèrement réducteurs.

Au microscope, la colonie immergée ne montre que des filaments mycéliens et quelques conidies, de 3 à 4 μ de large sur 5 à 6 μ de long et le voile présente la forme « acladium » et des spores ovoïdes réunies en petits paquets.

Après l'action sur les sucres, nous avons essayé celle sur les protides. Nous avons d'abord cherché si la peptone était attaquée avec production d'indol. Pour cela, nous avons utilisé la technique suivante :

Recherche de l'Indol. — Nous avons ensemencé le champignon dans une solution de peptone, après avoir contrôlé si la peptone ne renferme pas elle-même de l'indol.

Le milieu ne doit jamais renfermer de sucres, le glucose surtout arrête absolument la formation de l'indol.

La réaction devient positive entre le deuxième et le quinzième jour après le développement du champignon.

Pour identifier un champignon au point de vue indolitique, il faut effectuer la réaction au moyen de trois tubes de culture.

1) Tube témoin stérile pour contrôler l'absence d'indol dans le milieu même.

2) Tube témoin ensemencé avec une souche de Colibacille pour le contrôle de l'aptitude de la peptone pour la formation de l'indol.

3) Tube pour l'ensemencement du champignon en expérience.

Réactions.

1° Réaction de Salkowski : Indol-nitreuse.

On ajoute dans le milieu de culture (15 cc. de milieu).

Nitrite de soude à 1 p. 1000 . . . . . 1 cc.
Acide sulfurique pur concentré . . . XIII gttes

On porte la partie supérieure du liquide à l'ébullition. La présence de l'indol se manifeste par une coloration rose, même quand l'indol existe à la dilution de 1/4.000.000.

Dans les cas douteux, on ajoute 1 à 2 cc. d'alcool amylique, on agite sans émulsionner : l'alcool se teinte en rose.

2° Réaction au nitroprussiate : Legal.

On ajoute au tube de culture :

Solution fraiche de nitroprussiate de sodium à 5 % . . . . . V gttes
Lessive de soude à 30 % . . . . . X gttes

Coloration brune. On attend quelques minutes, puis on ajoute :

Acide acétique cristallisable . . . . . XV gttes

Au bout d'un certain temps, coloration bleue : Indol.

Les deux précédentes réactions étant négatives, nous pouvons conclure que notre champignon de la Teigne ne produit pas d'indol.

Pour terminer cette étude, il nous restait à voir si le microorganisme secrétait des substances capables de liquéfier le blanc d'œuf ou la gélatine. Nous avons opéré de la façon suivante :

Albumine d'œuf. — Technique : On chauffe fortement la grosse extrémité d'un œuf ; on perfore la pointe flambée avec une pointe métallique stérilisée.

On introduit par le trou, peu profondément, l'extrémité d'une pipette à boule stérile, à large effilure. On répartit en tubes stériles.

Pour la stérilisation, on dispose les tubes sur un support spécial qui permet de les incliner à volonté, puis on met un peu d'eau au fond du support et on couvre les tubes d'une lame de verre. On dispose alors le support au-dessus d'une marmite contenant de l'eau, qu'on porte à

70°. Il faut surveiller avec soin pendant deux heures pour atteindre le moment où la solidification commence. Alors on laisse refroidir, puis on ensemence à la surface du milieu ainsi préparé.

Résultat : C'est un mauvais milieu pour le développement du champignon. La colonie de la teigne commence à pousser au bout du huitième jour. La colonie est maigre et d'une teinte blanc jaunâtre.

Au microscope, elle présente des filaments mycéliens en forme de faisceaux et beaucoup de spores ovoïdes rassemblées en petits paquets. Les spores mesurent 2 1/2 à 3 μ de large sur 7 à 8 μ de long.

Gélatine. — Le Champignon se développe au bout de cinq jours en fournissant des petites colonies blanches duveteuses qui atteignent quatre millimètres de diamètre au bout de trente-cinq jours. On remarque que la surface de la gélatine se liquéfie en entonnoir au bout de six jours après la culture.

Les colonies examinées au microscope ne présentent que des filaments mycéliens protoplasmiques, très peu de spores isolées et quelques conidies rondes comme celles que nous avons trouvées sur milieu de Grigorakis (fig. 4 F).

Gélatine maltosée à 3%. — Quatre jours après l'ensemencement sur le milieu de culture, la teigne s'enfonce dans la masse de gélatine. Au bout de six jours, des petites colonies apparaissent. La gélatine commence à se liquéfier en entonnoir. Les colonies formées sont sphériques et de couleur jaunâtre. Elles ont un à deux millimètres de diamètre.

Examinées au microscope, elles ne présentent que des filaments mycéliens, sans forme « acladium » ni faisceaux.

En résumé, l'étude biochimique de cette Teigne a attiré notre attention sur les divergences dans l'utilisation des sucres par cet organisme, et notamment la faible production d'acide dans le milieu de culture par rapport à d'autres champignons.

CHAPITRE II

ACTION DES ANTISEPTIQUES SUR LE CHAMPIGNON

A cause de l'importance des antiseptiques dans le traitement de la teigne, nous avons fait plusieurs expériences pour étudier l'action des différents antiseptiques sur le champignon.

Dans ces expériences, nous avons employé le milieu de culture de Sabouraud maltosé solide, sauf pour le cas de l'iode où nous avons utilisé le milieu de Sabouraud maltosé liquide. Pour éviter la volatilisation de l'iode, nous avons opéré dans des tubes à essais bouchés avec des bouchons de caoutchouc.

Tous les essais ont été faits à la température du laboratoire. On peut résumer les résultats obtenus dans le tableau suivant.

Dans ce tableau, on donne (A) les antiseptiques employés ; (B) la quantité maxima d'antiseptique contenue dans le milieu de culture et qui permet le développement du champignon ; (C) le temps nécessaire pour le développement du champignon.

A	B	C
Sublimé	0,04 %	9 jours
Iode	0,085 %	15 jours
Acide phénique	0,10 %	9 jours
Novarsenobenzol	0,18 %	10 jours
Bleu de Méthylène	0,40 %	10 jours
Cinabre	0,40 %	8 jours
Chrysarobine	1,60 %	9 jours
Iodure de potassium	2,00 %	7 jours
Acide borique	3,00 %	7 jours

Sublimé. — Les colonies de la teigne qui poussent en présence de sublimé ont un aspect blanc cotoneux et au microscope, elles ne présentent que des filaments mycéliens en forme de gros faisceaux.

Iode. — En présence de l'iode, le champignon de la teigne pousse en fournissant au fond du tube à essais des petites colonies sphériques d'un à deux millimètres de diamètre.

Examinées au microscope, on ne voit que des filaments mycéliens.

Acide phénique. — En présence de l'acide phénique, la colonie de la teigne est très mince et blanche.

Au microscope, on voit que les spores sont nettement plus arrondies que sur les milieux ordinaires (fig. 4 H). Elles ont 4 μ sur 5 à 6 μ. On remarque la présence de quelques conidies de 3 à 4 μ de large sur 5 à 6 μ de long et des filaments en forme de faisceaux.

Novarsenobenzol. — Dans les milieux où la concentration du novarsenobenzol est inférieure à 0,18%, les colonies sont auréolées d'un duvet jaunâtre, alors que dans le milieu où le novarsenobenzol est concentré, elles sont entièrement beiges.

Au microscope, on voit des filaments mycéliens courts et maigres. Les spores sont arrondies et petites. Leurs dimensions sont 4 μ de large et 5 à 6 μ de long.

Bleu de méthylène. — En présence du bleu de méthylène, les colonies sont beaucoup plus grêles et moins importantes. Dans les milieux où la concentration de bleu de méthylène est inférieure à 0,4% les colonies sont auréolées d'un duvet blanc, alors que dans le milieu où le bleu de méthylène est concentré, elles sont entièrement bleues.

Au microscope, on voit des conidies et des spores nettement plus arrondies que sur les milieux ordinaires. On voit également quelques filaments mycéliens en forme de faisceaux.

Si on repique la colonie, qui a poussé en présence du bleu de méthylène, sur un milieu de Sabouraud maltosé solide, on remarque qu'elle pousse dans quatre jours. Au microscope, on voit que les spores ont repris leur forme ovoïde habituelle. Elles mesurent comme précédemment sur le milieu de Sabouraud maltosé solide.

Cinabre. — Les colonies qui se forment en présence du cinabre ont cinq à sept millimètres de diamètre. Elles sont duveteuses et d'aspect cotonneux.

Au microscope, on voit beaucoup de spores ovoïdes isolées, beaucoup de conidies, et quelques filaments en forme « acladium » de 2,5 μ de large sur 6,5 μ de long et en forme de faisceaux.

Chrysarobine. — Les colonies de la teigne qui poussent en présence de cet antiseptique, sont franchement jaunes.

Examinées au microscope, on voit quelques filaments mycéliens en forme de faisceaux et peu de conidies. On voit la forme « acladium » et des spores ovoïdes plus petites que dans les milieux ordinaires. Les spores mesurent 2 μ de large sur 6,5 μ de long.

Iodure de potassium. — Les colonies de la teigne qui poussent en présence d'iodure de potassium présentent au microscope des filaments en forme de faisceaux et des conidies de 3 à 4 μ de large et 5 à 6 μ de long.

Acide borique. — En présence de l'acide borique, les colonies sont blanches, d'un aspect duveteux.

Elles présentent au microscope beaucoup de conidies et des filaments mycéliens en forme de faisceaux.

Il ressort donc de cette étude que les antiseptiques les plus actifs sont le sublimé et l'iode. Ces corps présentent

toutefois l'inconvénient, le premier d'être toxique, le deuxième d'être irritant. Aussi accorderons-nous la préférence à un corps tel que l'acide borique, qui, à une concentration relativement faible, 3%, empêche tout développement du champignon. Il semble qu'il y aurait là une tentative à faire en essayant cet antiseptique non plus sur un milieu de culture, mais sur un organisme parasité.

CHAPITRE III

DIAGNOSTIC ET POUVOIR PATHOGÈNE

Ainsi que nous le disions plus haut, pour terminer notre travail, il nous reste à poser le diagnostic de l'espèce de Microsporum que nous avons étudié en nous aidant des caractères morphologiques, biologiques et biochimiques.

Sabouraud, dans ses études sur la teigne, a observé comment poussent les champignons de teignes dans les tissus. Tout d'abord, le parasite envahit la peau, les filaments mycéliens progressent et se dirigent autour de la partie radiculaire des poils ou des cheveux. Il se développe toujours dans le sens de la croissance de ces productions épidermiques, le mycélium est rectiligne (ou s'il l'est, cette ramification est dichotomique) et se dirige à peu près parallèlement à l'axe du cheveu.

D'après un article de P.-H. Grégory (12), dans lequel il apporte une excellente vue d'ensemble sur la biologie des Dermatophytes et d'après un autre article de A.-M. Davidson, S.-A. Body et C.-P. Haltalin (13), on peut étudier un autre moyen de déceler la maladie. Ce diagnostic du cuir chevelu peut se faire grâce aux rayons Ultra-Violets. C'est Margarot et Devèze, de Montpellier qui ont découvert que les cheveux infectés par des Microsporons et des Achorions sont fluorescents dans l'ultra-violet. L'expérience se fait dans une chambre noire ; on dirige des rayons ultra-violets convenablement filtrés sur le cuir chevelu. Les cheveux infectés par ces parasites émettent une lumière caractéristique d'un vert brillant.

Cette fluorescence verte fait défaut chez les cheveux sains et permet de les distinguer des cheveux malades. La fluorescence est due à une substance soluble dans l'eau que l'on peut extraire des cheveux infectés. Les cheveux envahis par des Trichophyton ne sont pas fluorescents.

C'est là une méthode élégante pour déceler rapidement et facilement un cas de Teigne.

Le problème qui nous intéresse ici, est différent : il est surtout d'ordre botanique et biologique étant donné que nous voulons assigner sa place exacte dans la classification, à l'organisme que nous avons étudié au cours de ce travail, en nous servant précisément de tous les caractères que nous avons observés.

Rappelons donc rapidement en premier lieu, les grandes lignes de la classification actuelle.

Les parasites végétaux sont tous des Cryptogames, appartenant à l'embranchement des Thallophytes, classe des champignons. Ces végétaux inférieurs, dépourvus de chlorophylle, se procurent les substances nécessaires à leur alimentation dans les matières organiques en décomposition, ou dans le corps des êtres vivants. Les champignons parasites de l'homme rentrent tous dans les trois ordres suivants : Phycomycètes, Ascomycètes et Hyphomycètes.

Les Phycomycètes ont un thalle non cloisonné au début. Ils se reproduisent par gamètes et par sporanges. Ils comprennent deux sous-ordres : les Mucorinées et les Chytridinées.

Les Ascomycètes ont un thalle cloisonné. Ils se reproduisent par asques et spores diverses. Les asques peuvent être nus : c'est le cas des organismes groupés dans le sous-ordre des Saccharomycètes, tels que les levures, par exemple.

Les asques peuvent être contenus dans un périthèce parfaitement clos, à membrane épaisse : c'est le cas pour les Perisporiacées. Enfin, ils peuvent être renfermés dans un périthèce, dont l'enveloppe est formée de filaments lâches : c'est le cas pour les Gymnoascées, sous-ordre dans lequel se rangent les champignons des Teignes. Ce sous-ordre se divise en trois familles : les Closterosporés, les Aleuriosporés et les Arthrosporés.

Les Closterosporés sont des organismes dont la culture-mère donne des fuseaux, avec ou sans aleuries. Les fuseaux constituent les organes de reproduction les plus différenciés au groupe.

Cette famille renferme un seul genre, auquel on a donné le nom de Microsporella pour bien marquer sa presque identité avec l'ancien genre Microsporum.

Ce genre Microsporella renferme toutes les espèces donnant des fuseaux dans les cultures-mères : celles-ci sont toujours poudreuses et duveteuses. Le type du genre est le Microsporella lanosa. Suivant que les cultures-mères ne donnent que des fuseaux, ou donnent à la fois des fuseaux et des aleuries, on divise le genre Microsporella en deux sous-genres : celui des Closterosporia s'applique aux espèces donnant des cultures poudreuses et dont la culture-mère est remplie de fuseaux : l'espèce type en est le Microsporella lanosa.

Le sous-genre Clostero aleurosporia s'applique au contraire aux espèces donnant des cultures duveteuses, dont la culture-mère renferme un petit nombre de fuseaux plus ou moins dégradés et de nombreuses aleuries : il a pour type le Microsporella Audouini.

Les Aleuriosporés sont les parasites dont la culture-mère ne renferme que des aleuries avec ou sans chlamydospores, les cultures sont duveteuses.

Les Arthrosporés enfin renferment toutes les espèces donnant des cultures glabres et humides, surélevées et anfractueuses, ressemblant à l'état jeune à de petites éponges remplies d'arthrospores résultant de la désarticulation des filaments mycéliens, dont les articles prennent une forme plus ou moins arrondie.

Nous avons relevé et groupé tous ces caractères pour montrer la difficulté que nous avons eue à ranger notre champignon dans l'un ou l'autre groupe.

Les cultures-mères sont, en effet, bien remplies de nombreuses arthrospores, mais les colonies sont sèches, poudreuses et duveteuses, et non glabres et humides : il ne peut donc s'agir d'un Arthrosporé. D'autre part, l'examen microscopique n'a jamais révélé dans les cultures-mères, l'existence de fuseaux : on aurait pu penser à conclure à un Aleuriosporé. Mais les cultures sont d'aspect différent de celles de ce groupe, elles sont non seulement duveteuses, mais aussi poudreuses. Et nous nous trouvons ramené ainsi à la famille des Closterosporés, où nous avons vu que le sous-genre Clostero aleuriosporia donne fréquemment des fuseaux dégradés et de nombreuses aleuries. Nous tombons ainsi dans le genre Microsporella — ancien genre Microsporum.

Or, nos cultures présentent tout-à-fait l'aspect de celles des parasites de ce groupe ; nous les avons suffisamment décrites, et le cliché n° 4 les montre avec assez de netteté pour permettre au lecteur de comparer leurs caractères avec ceux donnés par les auteurs. Nous nous trouvons donc en présence de cette anomalie : notre champignon, qui, par ailleurs, présente tous les caractères d'un Microsporum se différencie de ce genre par l'absence de fuseaux. Nous avons donc été amené, dans l'impossibilité de l'identifier avec *Microsporum lanosum*, à le ranger immédiatement à côté de cette espèce, dont elle ne diffère que par ce seul caractère.

Ayant ainsi déterminé les affinités systématiques du champignon, nous avons tenu à vérifier celles-ci en procédant à une épreuve dont les résultats se sont montrés concluants avec l'espèce type *Microsporum lanosum*. Nous voulons parler de la sporo-agglutination.

Voici en quoi consiste cette épreuve :

Le sérum d'un être vivant ayant reçu un antigène quelconque présente au bout de quelque temps le pouvoir d'agglutiner *in vitro*, ce même antigène. Comme l'ont montré de nombreuses expériences, cet antigène peut être constitué par une cellule quelconque : Bactérie, Hématie, ou spore de microorganisme. Introduits dans un organisme sain, ces antigènes déterminent l'élaboration, dans cet organisme, de substances encore mal connues, auxquelles on a donné le nom d'agglutinines, et dont la principale propriété est de provoquer le rassemblement en petits amas, de l'antigène introduit dans l'organisme : il semble qu'il y ait là un processus de défense de la part de celui-ci. Mais les agglutinines ainsi formées manifestent leur pouvoir aussi en dehors de l'organisme : introduites, dans un tube de verre, avec les antigènes qui ont provoqué leur formation, elles agglutinent ces cellules exactement comme elles le font dans l'organisme vivant. Mais dans l'un ou dans l'autre cas, leur action est spécifique, c'est-à-dire qu'une agglutinine donnée n'agit que sur l'antigène qui lui a donné naissance et non sur un autre. Le serum d'un Moutons ayant reçu comme antigène des hématies de lapin, n'agglutine que les hématies de lapin, et aucun autre antigène. Ce n'est qu'exceptionnellement qu'il se développe à côté des agglutinines normales, des coagglutinines non spécifiques, susceptibles d'agir sur un grand nombre d'antigènes. Mais laissons ce point de côté : il n'intervient pas dans l'expérience que nous avons à faire.

On voit tout le parti qu'on peut tirer de la spécificité du pouvoir agglutinant. Soit un antigène inconnu, ou sur la nature duquel on n'a que des présomptions. On l'inocule à un organisme sain : celui-ci produit des agglutinines susceptibles d'agglutiner l'antigène en question, et lui seul. Soumettons alors le sérum renfermant ces agglutinines à une série d'épreuves, en le mettant en présence d'antigènes de nature connue : celui qui sera agglutiné sera identique à celui qui a servi à produire l'infection. C'est là un procédé de diagnostic général, qui, appliqué au cas qui nous occupe, porte le nom de sero-diagnostic par sporo-agglutination. Ce sont, en effet, des spores de la Teigne, qui nous serviront d'antigènes, les agglutinines devant se développer dans l'organisme d'un cobaye ayant reçu ces spores comme antigènes.

C'est ici que semble se placer la plus grande difficulté de l'épreuve. Nous ne pouvons pas songer en effet à inoculer des spores de Teigne au cobaye : nous avons vu qu'elles ne sont pas susceptibles de se développer à 37°. Mais nous avons communiqué la Teigne au cobaye, de la façon suivante : après avoir coupé quelques poils sur le dos du cobaye, nous avons brûlé le tissu superficiellement, à l'aide d'un fil métallique chauffé au rouge. Il s'est formé une ampoule dans laquelle nous avons fait l'inoculation à partir d'une culture de la Teigne sur milieu de Sabouraud maltosé solide.

Nous avons remarqué, vers le huitième jour, l'apparition d'un point rouge squameux qui devient très apparent au onzième jour. Ce point devient croûteux et s'agrandit. La peau s'épaissit et la lésion se recouvre d'une croûte assez volumineuse d'où l'on voit sortir des bouquets de poils. La maladie se termine spontanément au bout d'un mois. Le champignon forme à l'orifice pilaire, chez le cobaye, un réseau mycélien d'où descendent verticalement les filaments, dont les ramifications viendront donner les spores de la gaîne. Il est donc permis d'admettre que le sang venant vasculariser la base du poil atteint par le parasite, se charge peu à peu des agglutinines élaborées en ce point de l'organisme, envahi par l'antigène, en l'espèce les spores de notre champignon.

Quand l'affection s'est bien déclarée, au bout de trois semaines, l'animal a été sacrifié et son sang recueilli.

Après coagulation et défibrination, nous avons récolté le sérum qui nous servira à faire la sero-réaction. Par

ailleurs, nous avons préparé une émulsion d'antigène, en partant d'une culture de notre champignon sur milieu solide, âgée de quatre à six semaines. On broye dans un mortier quelques grumeaux de cette culture et on délaye le broyat dans quelques centimètres cubes de serum physiologique. On filtre sur papier : seules les spores traversent le filtre. Examinées au microscope, nous en trouvons environ 150 à 200 par champ (objectif 5 — oculaire x 10) : c'est la dilution optima préconisée par les auteurs (14) pour faire la réaction. Il ne suffit pas en effet de rechercher s'il y a agglutination ou non : pour avoir sa pleine valeur, la réaction doit être sensible, et il est nécessaire de connaître au moins approximativement, le titre en agglutinines du serum, pour pouvoir juger de la sensibilité de la réaction. Elle sera d'autant meilleure que ce titre sera plus élevé, en ce qui revient au même, d'autant plus qu'il sera possible de diluer le serum, tout en continuant à avoir agglutination. C'est pour déterminer ce titre que nous avons procédé aux dilutions suivantes, dans une série de tubes à hemolyse :

Sérum (gouttes).	1	1	1	1	1	1	1	0
Emulsion de spores (gttes).	9	19	39	79	159	319	639	640
Dilution.....	1/10e	1/20e	1/40e	1/80e	1/160e	1/320e	1/640e	témoin
N° du tube....	1	2	3	4	5	6	7	8

Les dilutions ont été faites avec deux pipettes jumelées, de façon à avoir des gouttes de même calibre.

Nous avons fait une première lecture microscopique au bout d'une heure : dans le premier tube, nous trouvons un amas de 15 à 18 spores par champ, dans le deuxième, 7 à 12 ; dans le troisième, 7 à 9 ; dans le quatrième, 2 à 5 ; dans le cinquième, 2 à 5 ; dans le sixième, 2 à 3. Dans le septième et dans le huitième (tube-témoin), les spores sont isolées.

Une deuxième lecture macroscopique a été faite au bout d'une heure et demie et le tout ayant été porté à l'étuve à 37° : il y a un dépôt au fond des tubes 1 à 6, rien dans les deux derniers. Enfin, après douze heures d'étuve à 37°, le dépôt examiné à la loupe se montre

grumeleux dans les cinq premiers tubes : semi-grumeleux dans le sixième et très fin dans les deux derniers. Le liquide surnageant est transparent dans les deux premiers tubes et opaque à partir du sixième. De cet ensemble d'observations, nous concluons que l'agglutination commence à la dilution de 1/10e et a sa limite à la dilution de 1/320e.

CONCLUSION

En terminant ce travail, nous pouvons apporter les conclusions suivantes : les propriétés morphologiques du champignon que nous avons isolé, d'un chien parasité, jointes aux caractères culturaux, nous ont permis de classer cet organisme dans le sous-ordre des Gymnoascées, famille de Closterosporées, genre Microsporella. Il représente une espèce extrêmement voisine du Microsporum Lanosum, et nous ne croyons pas devoir en former une espèce nouvelle, tout au plus une variété .

Cette conclusion s'est trouvée confirmée par l'épreuve de la sporo-agglutination, de même que par l'examen des poils du cobaye à qui nous avons communiqué la maladie. Examinés au microscope, ces poils ont montré un revêtement de spores arrondies, de 2 à 3 μ de diamètre, tassées les unes contre les autres et présentant exactement le même aspect que celles observées sur le poil initial. Notre champignon présente donc un réel pouvoir pathogène, puisqu'il nous a été possible de le transmettre par simple scarification, au cobaye. En regard de ce caractère, nous avons montré comment il était possible de lutter contre la maladie, au moyen d'antiseptiques variés, dont le plus facile à employer nous a paru être l'acide borique. Bien que moins énergique dans son action, que des corps comme l'iode ou le sublimé, il est d'un maniement infiniment plus commode, d'où la préférence que nous lui accordons.

En ce qui concerne la biologie de notre microorganisme, nous avons pu montrer que son développement est assez sensible aux conditions de température : l'optimum cultural se trouvant compris entre 18° et 22°, la croissance

cesse à partir de 32° sans que d'ailleurs le champignon soit tué à cette température. La présence ou l'absence d'oxygène, par contre, influe assez peu sur son développement : seul son aspect morphologique s'en trouve modifié et notamment la consistance du mycélium.

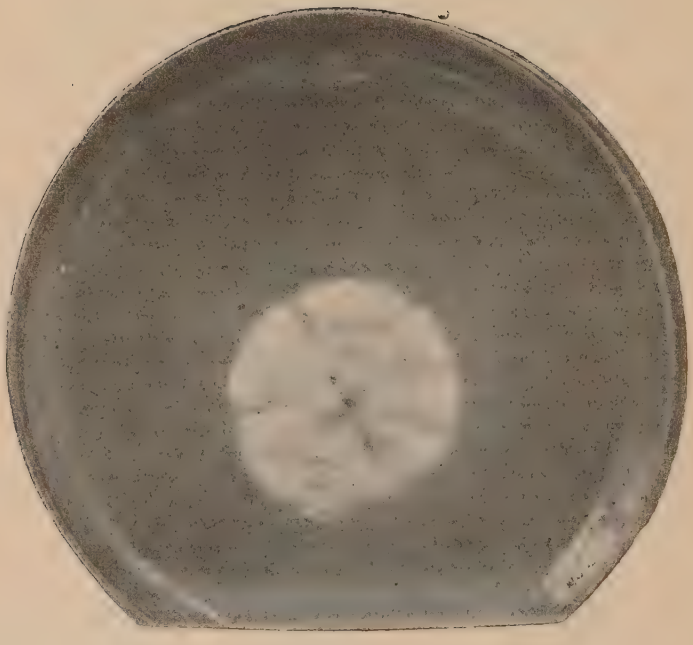
Enfin, au point de vue biochimique, notre champignon se comporte comme la plupart des Ascomycètes, élevant son mycélium aux dépens des sources ternaires les plus variées, les quaternaires n'influant pas sur son développement. Il n'acidifie pas le milieu, réduit extrêmement peu le rouge neutre, mais par contre liquéfie la gélatine, au moins en partie.

Nous espérons, par l'exposé de ces résultats, avoir apporté une modeste contribution aux recherches qui permettront d'avoir une connaissance plus détaillée de ces microorganismes, dont la biologie et la physiologie sont bien loin d'avoir révélé leurs derniers secrets aux chercheurs.

(a) (b) (c) (d) (e)

(Fig. 1)

a) Culture de quinze jours sur le milieu de culture général.
(b) Culture de quinze jours sur milieu de L. Grigorakis.
(c) Culture de quinze jours sur pomme de terre.
(d) Culture de vingt jours sur milieu de Sabouraud maltosé.
(e) Culture de soixante-dix jours sur milieu de Sabouraud glucosé.

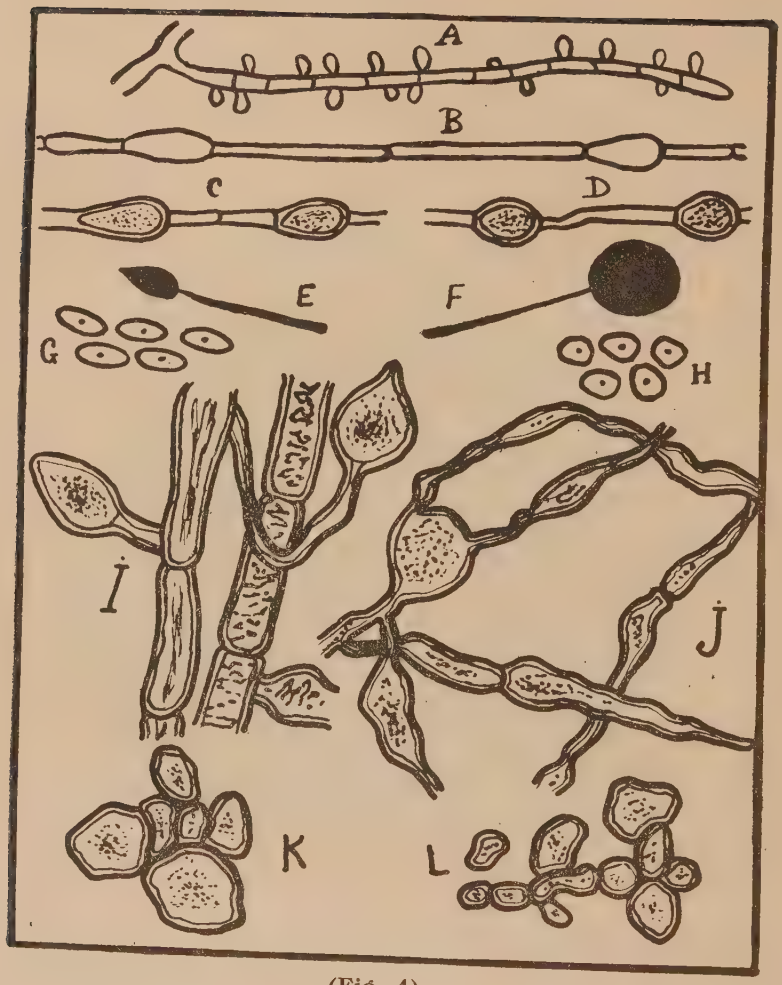


(Fig. 2)

Culture de la Teigne de vingt-cinq jours sur milieu de Czapek maltosé solide (face supérieure).

(Fig. 3)

Culture de la Teigne de vingt-cinq jours sur milieu de Czapek maltosé solide (face inférieure).



(Fig. 4)

(A) Hyphes du type acladium.
(B) Renflements piriformes sur les filaments.
(C,D) Transformation des filaments en chlamydospores.
(E) Appareil conidien (sur les milieux ordinaires).
(F) Appareil conidien sur le milieu de L. Grigorakis et sur gélatine.
(G) Spores normales.
(H) Spores arrondies.
(I, J) Chlamydospores provenant d'un voile de quarante-cinq jours sur milieu de Czapek glucosé [(I) latérales, (J) intercalaires].
(K) Mycélium immergé dans un milieu de Czapek liquide.

BIBLIOGRAPHIE

1. Schönlein. — Arch. f. anat. und Phys. v. f. Muller, Berlin 1839, p. 82. — Zur pathogenie der Impeligines von prof. Schönlein, in Zurich, Pl. III, fig. 5.
2. Kettner. — 19 juillet 1841 C. R. Ac. des Sc., t. XIII, p. 147.
3. Textor. — 26 juillet 1841, C. R. Ac. des Sc., t. XIII, p. 220.
4. — Meynier. — C. R. Ac. des Sc., 1841, t. XIII, p. 309.
5. Gruby. — C. R. Ac. des Sc., 1841, t. XIII, p. 388.
6. Hannover. — Arch. fur anat. u. physiol., von I Muller 1842, 282-95, pl. XV.
7. Gruby. — C. R. Ac. des Sc., t. XV, p. 512. — C. R. Ac. Sc., t. XVIII, p. 583, 1844.
8. — Soc. Biol., 16 janvier 1886.
9. — Verujsky. — Recherches sur la morphologie et la biologie des Tr. tonsurans et de l'Achorion Schönleini. Ann. I. Pasteur, 1re année, nº 8, 369-391.
10. — Megnin. — Présentation de cultures des champignons de quelques teignes d'animaux domestiques. *Bull. de la Soc. Centr. de Méd. vétér.* 1880, p. 183.
11. — L. Grigorakis. — L'action des milieux glycérinés sur le mycélium dégradé par le pléomorphisme, R. C. Soc. Biol., t. CVIII, 1931, p. 94.
12. — P.-H. Gregory. — The Dermatophytes. Biol. Revew, t. X, 1935, pp. 208-223.
13. — A.-M. Davidson, S.-A. Body et C. P. Haltalin. — Improved source of Ultra-violet light for the diagnosis of ringworm of the scalp. (Lumière ultra-violet pour le diagnostic de la teigne du cuir chevelu). *Canadian Med, Assoc. Journ.*, t. XXXIII, 1935, p. 534-536, 4 fig.

14. — P. Widal et Abrami. — Séro diagnostic de la sporotrichose par la sporo-agglutination. La coagglutination mycosique et son application du diagnostic de l'actinomycose. La réaction de fixation. *Bull. et mém. de la soc. méd. des hôp. de Paris*, 19 juin 1908, nº 22, p. 947, et *Tribune méd.* 25 juillet 1908, nº 30, p. 455.

TABLE DES MATIERES

Pages

I. *Avant-propos* 9

II. *Introduction* 11

III. *Première partie* : *Historique*. 13

IV. *Deuxième partie* : *Morphologie et Biologie*. 21

Chapitre Ier. — Méthodes d'isolement et de culture. 21

Chapitre II. — Caractères morphologiques. 27

Chapitre III. — Caractères biologiques. . 35

V. *Troisième partie* : *Biochimie*. 41

Chapitre Ier. — Action sur les glucides et les protides..... 41

Chapitre II. — Action des antiseptiques. 47

Chapitre III. — Diagnostic et pouvoir pathogène. 51

VI. *Conclusion*..... 59

VII. *Figures*. 61

VIII. *Notes bibliographiques*. 65

Vu, Clermont-Ferrand, le 28 mars 1942.

Le Président du Jury,
A. SARTORY.

Vu et approuvé :

Clermont-Ferrand, le 28 mars 1942.

Le Doyen de la Faculté de Pharmacie,
A. SARTORY.

Vu et perims d'imprimer :

Clermont-Ferrand, le 14 avril 1942.

Le Recteur de l'Académie,
Président du Conseil de l'Université,

Pour le Recteur,
Le Vice-Président du Conseil de l'Université,
A. DANJON.

Imp. Générale, J. de Bussac, 2, cours Sablon. Clermont-Ferrand